

Zeitschrift: Acta Tropica
Herausgeber: Schweizerisches Tropeninstitut (Basel)
Band: 35 (1978)
Heft: 1

Artikel: Données sur le cycle biologique de "Ribeiroia marini guadeloupensis" n.ssp., Trématode stérilisant "Biomphalaria glabrata" en Guadeloupe : entretien du cycle en vue d'un contrôle éventuel des populations de Mollusques

Autor: Nassi, H.
DOI: <https://doi.org/10.5169/seals-312369>

Nutzungsbedingungen

Die ETH-Bibliothek ist die Anbieterin der digitalisierten Zeitschriften auf E-Periodica. Sie besitzt keine Urheberrechte an den Zeitschriften und ist nicht verantwortlich für deren Inhalte. Die Rechte liegen in der Regel bei den Herausgebern beziehungsweise den externen Rechteinhabern. Das Veröffentlichen von Bildern in Print- und Online-Publikationen sowie auf Social Media-Kanälen oder Webseiten ist nur mit vorheriger Genehmigung der Rechteinhaber erlaubt. [Mehr erfahren](#)

Conditions d'utilisation

L'ETH Library est le fournisseur des revues numérisées. Elle ne détient aucun droit d'auteur sur les revues et n'est pas responsable de leur contenu. En règle générale, les droits sont détenus par les éditeurs ou les détenteurs de droits externes. La reproduction d'images dans des publications imprimées ou en ligne ainsi que sur des canaux de médias sociaux ou des sites web n'est autorisée qu'avec l'accord préalable des détenteurs des droits. [En savoir plus](#)

Terms of use

The ETH Library is the provider of the digitised journals. It does not own any copyrights to the journals and is not responsible for their content. The rights usually lie with the publishers or the external rights holders. Publishing images in print and online publications, as well as on social media channels or websites, is only permitted with the prior consent of the rights holders. [Find out more](#)

Download PDF: 29.01.2026

ETH-Bibliothek Zürich, E-Periodica, <https://www.e-periodica.ch>

Département de biologie animale (Prof. C. Combes), Centre universitaire, Perpignan, France

Données sur le cycle biologique de *Ribeiroia marini guadeloupensis* n.ssp., Trématode stérilisant *Biomphalaria glabrata* en Guadeloupe

Entretien du cycle en vue d'un contrôle éventuel des populations de Mollusques

H. NASSI

Summary

Data on the life cycle of *Ribeiroia marini guadeloupensis* n.ssp., Trematode sterilizing *Biomphalaria glabrata* in Guadeloupe. Maintenance of the life cycle with a view to an eventual control of the populations of Molluscs. In Guadeloupe (French West Indies), the definitive hosts of *Ribeiroia marini guadeloupensis* n.ssp. are the two species of rats: *Rattus rattus* and *R. norvegicus*. The first intermediate host is *Biomphalaria glabrata*, the vector of intestinal schistosomiasis. The second intermediate host is a fish (*Tilapia mossambica*, *Poecilia reticulata*). The different stages of the life cycle are described; the transmission is studied experimentally and in natural conditions. A method for producing eggs of this Trematode in large quantities is described.

Key words: Guadeloupe; *Schistosoma mansoni*; *Biomphalaria glabrata*; sterilizing Trematode; *Ribeiroia marini guadeloupensis* n.ssp.; *Tilapia mossambica*; *Poecilia reticulata*; *Rattus rattus*; *Rattus norvegicus*; laboratory rat; mass egg production; biological control.

Introduction

Biomphalaria glabrata est le mollusque vecteur de *Schistosoma mansoni* en Guadeloupe. Huizinga (1973) a montré que *Ribeiroia marini* (Faust et Hoffman, 1934) stérilise ce Mollusque et que celui-ci lui est très réceptif. Cet auteur a suggéré son utilisation pour lutter contre le vecteur de la schistosomose, possibi-

Correspondance: H. Nassi, Département de biologie animale, Centre universitaire, Avenue de Villeneuve, F-66025 Perpignan Cedex

lité qui a également été retenue par Golvan et al. (1975). Dans le cadre d'essais préliminaires visant à tester l'efficacité éventuelle de ce moyen de lutte, nous avons effectué des recherches sur les modalités de la transmission de *R. marini* en Guadeloupe et mis au point une méthode de production des œufs de ce Trématode.

Les espèces du genre *Ribeiroia* Travassos, 1939

Quatre espèces ont été décrites dans le genre *Ribeiroia* Travassos, 1939: *R. ondatrae* (Price, 1931), *R. insignis* Travassos, 1939, *R. congolensis* Dollfus, 1950 et *R. marini* (Faust et Hoffman, 1934).

R. ondatrae, l'espèce type du genre suivant Lumsden et Zischke (1963), a été décrite d'après des exemplaires trouvés chez *Ondatra zibethica* en Amérique du Nord; depuis, cette espèce n'a été retrouvée que chez des Oiseaux appartenant à des Ordres variés; le cycle biologique de *R. ondatrae* est connu depuis les travaux de Beaver (1939). Les autres espèces n'ont été jusqu'à présent signalées que chez des Oiseaux Ardéiformes et leur morphologie au stade adulte ne permet pas de les distinguer de l'espèce type. A la suite de Price (1942), Dubois et Mahon (1959) et Lumsden et Zischke (1963) mettent en synonymie *R. ondatrae* et *R. insignis* dont l'adulte parasite *Casmerodius egretta* au Brésil (Travassos, 1939). Mettrick (1963) étend cette synonymie à *R. congolensis* parasite de *Ardea goliath* au Congo Belge (Dollfus, 1950), bien que cette espèce soit nettement plus grande que les formes américaines. Basch et Sturrock (1969) élucident le cycle biologique de la quatrième espèce, *R. marini*, dont l'hôte définitif est le Héron *Florida caerulea* dans l'île de Sainte Lucie (Antilles Anglaises). Basch et Sturrock ont distingué *R. marini* de *R. ondatrae* en se fondant sur des caractères morphologiques larvaires.

En Guadeloupe, où *B. glabrata* héberge également les stades larvaires de *R. marini* (Golvan et al., 1974), l'adulte de ce parasite n'a pu être mis en évidence chez les Oiseaux aquatiques (Euzeby et Graber, 1975). Par contre, les deux espèces de rats qui pullulent dans l'île, *Rattus rattus* et *R. norvegicus*, se sont révélées intensément parasitées (Combes et al., 1975). Depuis les travaux de Price (1931), c'est la première fois que le genre *Ribeiroia* est retrouvé chez un mammifère.

Cycle biologique de *Ribeiroia marini guadeloupensis* n.ssp.

Matériel et méthodes

Les cercaires sont obtenues à partir de *B. glabrata* naturellement infestés et les métacercaires par infestation expérimentale de l'un des hôtes naturels, le Poisson Cichlidé *Tilapia mossambica*. Les rats (Wistar) sont infestés par intubation gastrique de 50 à 60 métacercaires. Les fèces des rats recueillies dans l'eau sont homogénéisées et passées sur une série de tamis à vide de maille décroissant (250 à 80 μ m). Les résidus fécaux enrichis en œufs sont maintenus à l'obscurité à la température

de 28° C. L'éclosion des œufs étant très étalée dans le temps, la technique suivante a été utilisée pour recueillir les miracidiums. Dans le courant de la deuxième semaine d'incubation, les résidus fécaux sont transvasés dans un ballon à col long dont le col est pourvu à sa base d'une tubulure latérale munie d'un robinet; l'eau contenant les résidus atteint l'extrémité supérieure du col; les éclosions sont stimulées en éclairant la totalité du ballon, lequel est ensuite obscurci par un cache qui laisse la tubulure latérale éclairée. Les miracidiums se concentrent dans la tubulure et sont chassés par la pression d'eau à l'ouverture du robinet. Cette opération est répétée plusieurs fois par jour pendant plusieurs jours. Les mollusques d'un diamètre compris entre 5 et 7 mm sont infestés avec 1 à 3 miracidiums. A la fin de la période prépatente, ils sont maintenus à la température de 23°; dans ces conditions leur survie peut atteindre 7 mois.

Stades du cycle évolutif

Adulte (Fig. 1)

Nos exemplaires, qu'ils soient de provenance naturelle ou expérimentale, sont dans l'ensemble conformes aux données de Basch et Sturrock (1969), c'est-à-dire en fait à la description de *R. ondatrae* par Price (1931)¹, puisque, selon Basch et Sturrock, *R. marini* et *R. ondatrae* sont identiques à l'état adulte et ne se distinguent qu'au niveau des stades larvaires.

Nous attirons cependant l'attention sur des différences concernant les dimensions du corps et la spinulation.

Des différences de taille importantes d'un individu à l'autre ont été relevées quelle que soit l'ancienneté de l'infestation. 7 jours après celle-ci et chez 11 spécimens ovigères provenant d'un même rat, la longueur variait de 910 à 1400 μm et la largeur de 390 à 580 μm . Au bout de 45 jours, chez 42 adultes hébergés par un seul rat, la longueur variait de 1130 à 1810 μm et la largeur de 510 à 760 μm . Enfin, six mois après l'infestation, chez 30 adultes provenant de 4 rats, la longueur était comprise entre 1675 et 2320 μm et la largeur entre 740 et 980 μm . Ces dernières dimensions sont nettement supérieures à celles rapportées par Basch et Sturrock (1969) pour des adultes obtenus expérimentalement; cette différence est encore plus marquée si l'on tient compte des dimensions que nous avons relevées dans la nature (voir Tableau 1).

Vu la situation quelque peu complexe de la taxonomie du genre *Ribeiroia*, nous comparons dans le Tableau 1 les dimensions des principaux organes de nos exemplaires (25 adultes récoltés chez *R. rattus* et *R. norvegicus*) à celles figurant dans la description des *Ribeiroia* du Nouveau Monde. Cette comparaison fait ressortir que seule la longueur supérieure du cirre semble distinguer le matériel guadeloupéen de *R. ondatrae* (données de Dubois et Mahon, 1959) et de *R. insignis* (données de Travassos, 1939). Deux dessins de la poche du cirre figurent dans la description de Travassos; les anses formées par le cirre invaginé y apparaissent moins nombreuses que sur nos exemplaires.

Les épines recouvrent la totalité du corps chez *R. ondatrae* d'après Price (1931) et Beaver (1939), et chez *R. insignis* d'après Travassos (1939). Chez nos

¹ Description amendée par Lumsden et Zischke (1963).

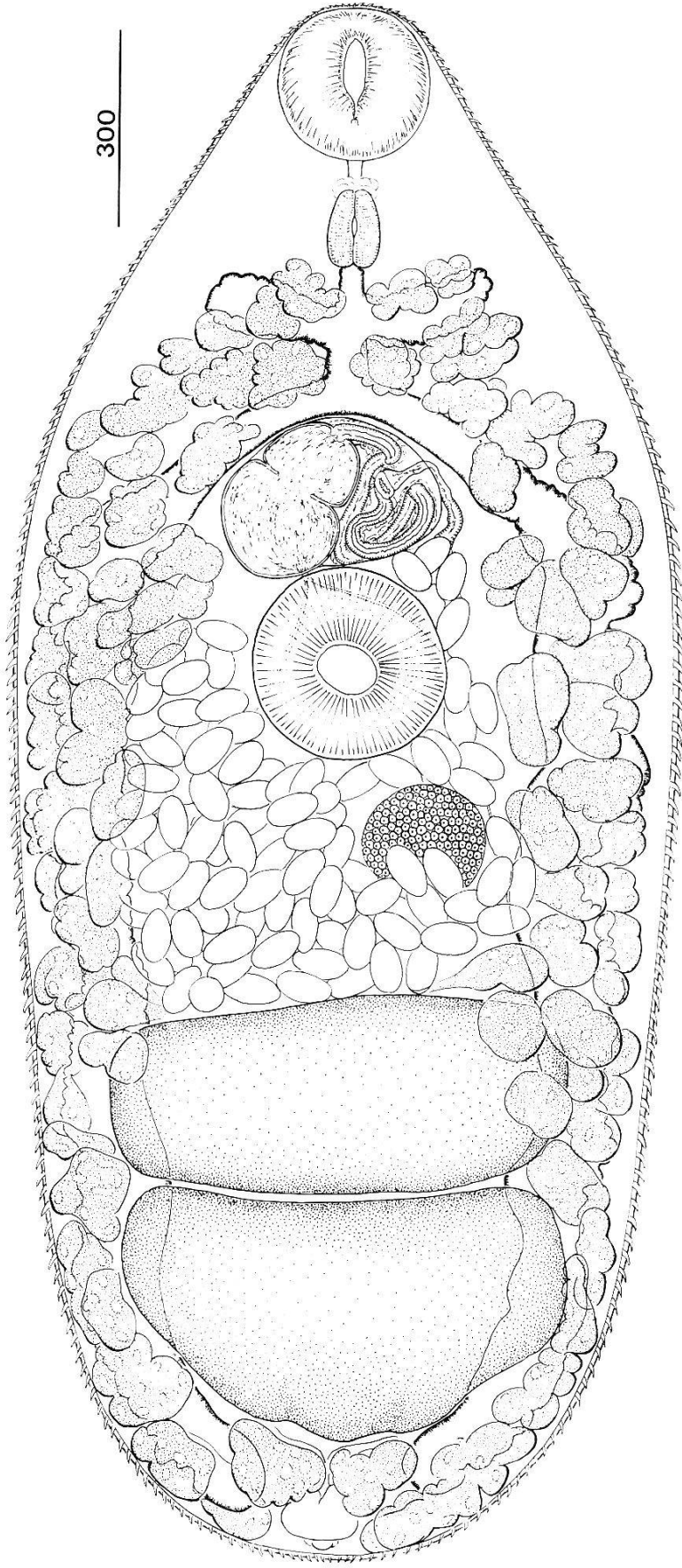


Fig. 1. Adulte en vue ventrale. Echelle en μm .

Tableau 1. Dimensions comparées des principaux organes des *Ribeiroia* du Nouveau-Monde

	<i>R. ondatrae</i>		<i>R. insignis</i>	<i>R. marini</i>	<i>R. marini</i>
	Price (1931)	Beaver (1939)	Dubois et Mahon (1959)	Travassos (1939)	Basch et Sturrock (1969)
Corps (mm)	Longueur 1,6-2 Largeur 0,315-0,961	1,4-4,2 1/3 longueur	1,8-2,1 0,57-0,70	3-3,2 0,96-1	1,07-1,4 0,436-0,66
Ventouse orale (μm)	150-155	178-256	190-210	270-300	Diam. longit. 175-240 Diam. transv. 166-240
Acétabulum (μm)	Diam. longit. 220-300 Diam. transv. 300-375	208-367	235-270	450	Diam. longit. 215-300 Diam. transv. 230-320
Pharynx (μm)	Longueur 112-127 Largeur 82-105	Longueur = 1/2 diam. acétabulum	115 sur 81-99	Longueur 150-180 Largeur 120	Longueur 85-140 Largeur 50-95
Testicule antérieur (μm)	Hauteur 262-375 Largeur 412-712	Dimensions dépendant de l'aplatissement	Hauteur 200-250 Largeur 290-470	Hauteur 300-540 Largeur 450-600	Hauteur 140-360 Largeur 500-750
Testicule postér. (μm)	Hauteur 262-275 Largeur 337-750	dito	Hauteur 200-250 Largeur 290-470	Hauteur 300-540 Largeur 450-600	Hauteur 200-350 Largeur 560-700
Ovaire (μm)	75 sur 150 ovoïde	90-215 ovoïde à sphérique	110-140 130-165	180-210 sphérique	Diam. longit. 80-150 Diam. transv. 80-190
Oeufs (μm)	82-90 sur 45-48	80-90 sur 45-50	78-87 sur 47-60 400 sur 60	80-92 sur 48-61 390 sur 60	77-86 sur 43-57 720 sur 20-45
Cirre déva- giné (μm)					

exemplaires, seule la face ventrale est entièrement spinulée, à l'exception cependant de la région de la poche du cirre; par contre, la face dorsale est dépourvue d'épines dans une zone correspondant approximativement à l'espace intercaecal. Cette spinulation ne varie ni avec l'âge, ni avec la taille du parasite.

Stades larvaires (Fig. 2)

Oeuf et miracidium: Les œufs incolores et operculés mesurent 77 à 86 μm de long sur 43 à 57 μm de large. Au moment de la ponte l'embryon n'est formé que de deux cellules.

Sur le vivant et suivant l'état de contraction, le miracidium mesure 75 à 100 μm de long sur 30 à 40 μm de large et après fixation à chaud dans le nitrate d'argent à 2%, 60 à 67 μm sur 40 à 52 μm (Fig. 2, A et B). L'organisation du miracidium se rapproche de la description de Basch et Sturrock (1969), notamment en ce qui concerne le nombre de cellules ciliées épidermiques et leur répartition sur quatre étages suivant la formule 6 – 9 – 4 – 2. Cependant deux différences apparaissent: au niveau du deuxième étage, il y a 3 cellules ventrales et 4 cellules dorsales, disposition inverse de celles rapportées par les auteurs précédents; au niveau du 4^e étage, les deux cellules sont l'une dorsolatérale et l'autre ventrolatérale, et non latérales. Rappelons que Beaver (1939) n'avait décrit que 6 cellules au niveau du deuxième étage chez le miracidium de *R. ondatrae*.

Sporocyste primaire (Fig. 2, C): Dix jours après l'infestation, le sporocyste primaire se présente sous la forme d'une masse allongée diverticulée mesurant de 400 à 760 μm sur son grand axe.

Rédies (Fig. 2, D et E): Les rédies de couleur jaune orangé sont très actives. Leur corps de forme allongée mesure de 1000 à 3000 μm de long. La hauteur du pharynx est comprise entre 40 et 60 μm . Le caecum digestif s'étend postérieurement jusqu'à un niveau compris entre le $\frac{1}{4}$ et les $\frac{2}{3}$ de la longueur du corps. La distance extrémité antérieure-collier varie de 180 à 330 μm . Les appendices locomoteurs ventraux sont situés aux $\frac{2}{3}$ de la longueur totale. Par l'ensemble de leurs caractères les rédies correspondent à la description de Basch et Sturrock (1969). Il existe au moins deux générations de rédies. Quelques Planorbes récoltés dans la nature hébergeaient des rédies produisant à la fois des rédies filles et des cercaires. Ces rédies à corps sacciforme et à faible mobilité ont des appendices locomoteurs peu visibles. Ce type de rédie a été signalé par Basch et Sturrock (1969) chez *R. marini* et par Beaver (1939) chez *R. ondatrae*.

Cercaire (Fig. 2, F): La cercaire de *R. marini* en Guadeloupe est décrite dans le travail de Golvan et al. (1974) où figurent sa morphologie générale, sa chétotaxie et ses dimensions. La morphologie générale est conforme à celle indiquée par Basch et Sturrock (1969).

Les différences morphologiques entre les cercaires de Guadeloupe et celles

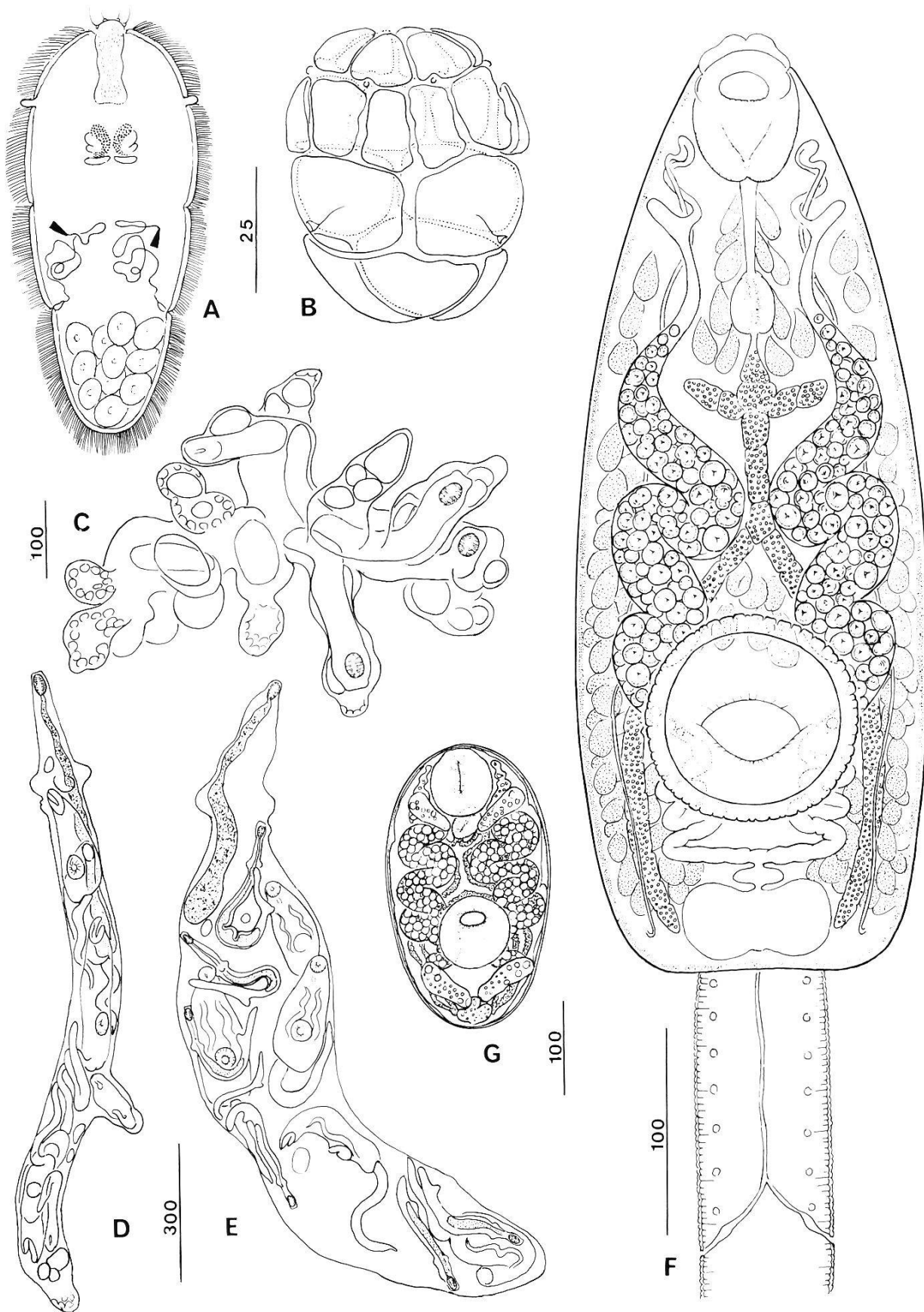


Fig. 2. Stades larvaires. Echelles en μm .

A. Miracidium sur le vivant.

B. Cellules ciliées épidermiques du miracidium.

C. Sporocyste primaire (10 jours après l'infestation).

D. Rédie fille produisant des cercaires.

E. Rédie produisant des rédies filles et des cercaires (infestation naturelle).

F. Cercaire.

G. Métacercaire.

de *R. ondatrae* sont les mêmes que celles sur lesquelles Basch et Sturrock (1969) se sont fondés pour distinguer *R. marini* de cette espèce.

Chez *R. ondatrae*, la cercaire présente une aire colorée en rose en arrière de la ventouse buccale (McMullen, 1938; Beaver, 1939). Ce caractère fait défaut chez *R. marini*. Beaver décrit en outre chez *R. ondatrae* des crochets à la périphérie de l'acétabulum et signale l'absence de cellules kystogènes. Les crochets sont absents chez *R. marini*, alors que de nombreuses cellules kystogènes sont présentes. Cependant, l'un des traits caractéristiques de nos cercaires est la présence d'un voile festonné à la périphérie de l'acétabulum, voile décrit par Faust et Hoffman (1934) à Porto Rico mais non par Basch et Sturrock (1969) à Sainte-Lucie.

A ce stade du cycle il s'avère impossible d'établir une différence morphologique entre le parasite guadeloupéen et celui de Sainte-Lucie. Une étude chétotaxique comparée des cercaires léverait toute ambiguïté; mais pour l'instant seule la chétotaxie des cercaires de Guadeloupe est connue (Golvan et al., 1974).

Métacercaires (Fig. 2, G): La maturation de la métacercaire se fait à l'intérieur d'un kyste ovoïde à paroi mince (4 à 5 μm) qui mesure 270 à 330 μm de long sur 170 à 200 μm de large. L'extrémité du kyste correspondant à la ventouse buccale est plus arrondie. La maturation se traduit essentiellement par le creusement de la lumière digestive et par le développement des épines tégumentaires dont la répartition chez la métacercaire infestante est identique à celle de l'adulte. Les dimensions de la métacercaire extraite de son kyste sont comparables à celle du corps cercarien; la croissance pendant la maturation est donc négligeable.

Les dimensions du kyste que nous rapportons sont différentes de celles données par Basch et Sturrock (1969) (400 sur 160 μm) alors qu'elles sont voisines de celles que donne Beaver (1939) pour *R. ondatrae* (320 sur 210 μm).

Données expérimentales sur la transmission

Transmission hôte définitif—Mollusque

A 28° C, le délai d'incubation des œufs est au minimum de 8 jours et peut dépasser trois semaines. Les éclosions qui sont retardées par l'incubation à l'obscurité, sont déclenchées par exposition à la lumière. Dans la même journée, les éclosions débutent au milieu de la matinée et se poursuivent jusqu'en fin d'après-midi.

L'exposition des Planorbes à trois miracidiums ne permet pas de retrouver dans tous les cas trois sporocystes primaires. Cependant, la coexistence de deux sporocystes est fréquente, chacun de ces sporocystes se développant normalement et produisant des rédies. Les sporocystes sont localisés au voisinage immédiat de la cavité pulmonaire.

Les rédies sont nombreuses dans la région de l'ovotestis dès la troisième semaine de la période prépatente qui dure environ quatre semaines. Dans les infestations anciennes, les rédies sont présentes dans la région de l'ovotestis, la glande digestive et les organes antérieurs. Les Mollusques sont stérilisés par le parasite. Il est à noter que la stérilité s'installe avant que l'ovotestis ne soit complètement détruit et que dans la phase ultime de la parasitose la glande digestive peut être également lésée.

Après le début des émissions cercariennes la survie des Planorbes est très variable, de quelques semaines à sept mois. Chez certains Mollusques, nous avons observé que la mort est précédée de quelques jours par l'arrêt de l'émission cercarienne.

Transmission Mollusque—deuxième hôte intermédiaire

L'émission cercarienne, dont le rythme est strictement dépendant de la photopériode, est maximum dans les deux premières heures de la nuit (Théron, 1975). Chez *T. mossambica*, les métacercaires s'enkystent préférentiellement dans les canaux du système latéral du corps et de la tête. Lorsque la concentration en cercaires est importante, elles peuvent également s'enkyster superficiellement autour de la bouche, des yeux et des opercules ainsi qu'à la base des nageoires. Les métacercaires superficielles se détachent avec le temps; mais beaucoup d'entre elles sont utilisables car le délai de maturation est bref (7 jours). *T. mossambica* supporte des infestations massives, bien que celles-ci provoquent des troubles momentanés de l'équilibre. Nous avons pu vérifier que les métacercaires survivaient au moins 24 h à la mort du Poisson.

Transmission deuxième hôte intermédiaire—hôte définitif

L'infestation expérimentale des rats se fait avec un taux de réussite de 80 à 90%. Les adultes s'installent dans la paroi de la moitié postérieure de l'estomac, la zone de la poche à air n'étant jamais parasitée. Plus rarement, ils peuvent se localiser dans la région pylorique du duodénum. Les parasites sont ovigères en 7 jours².

La pathogénicité de *R. marini* apparaît faible malgré les lésions causées à la paroi gastrique. Les helminthes s'enfoncent dans la muqueuse et atteignent la sous-muqueuse qui est érodée jusqu'à la formation d'une cavité ou crypte. La sous-muqueuse s'hypertrophie et constitue une poche fibreuse qui délimite la crypte. La muqueuse voisine est soulevée et forme un bourrelet autour de l'orifice de la crypte sur la cavité gastrique. La fibrose de la sous-muqueuse peut s'étendre au conjonctif de la musculature qui est alors partiellement désorga-

² Basch et Sturrock (1961) ont obtenu l'infestation expérimentale du canari pour lequel *R. marini* s'est révélé très pathogène. Nous avons infesté quatre canaris chacun avec 15 métacercaires. Deux canaris disséqués l'un le 6e jour après l'infestation, l'autre le 9e jour hébergeaient respectivement 3 et 2 immatures localisés dans le ventricule succenturié. La coprologie des deux autres canaris suivie pendant un mois s'est révélée négative; ces deux oiseaux ont survécu à l'infestation contrairement à ce que rapportent Basch et Sturrock (1969).

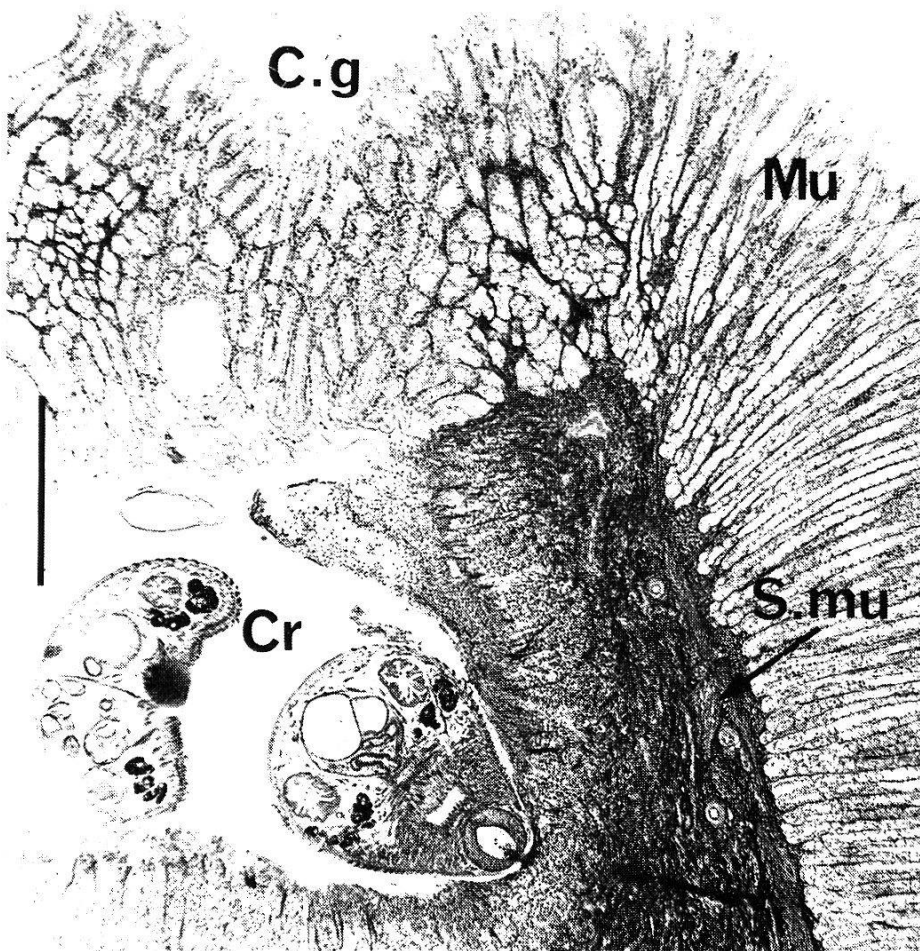


Fig. 3. Coupe transversale de la paroi stomacale passant par une crypte hébergeant deux adultes. C.g = cavité gastrique; Cr = crypte; Mu = muqueuse gastrique; S.m = sous-muqueuse. Echelle : 500 μ m.

nisée. L'hypertrophie de la sous-muqueuse s'accompagne d'une dilatation des lymphatiques et d'infiltrations leucocytaires massives. Ces infiltrations cellulaires s'accumulent dans la crypte: elles semblent constituer l'essentiel de la nourriture du parasite (Fig. 3).

Une même crypte peut héberger jusqu'à 8 parasites. Etant donné la longévité des adultes, ces cryptes peuvent fonctionner plusieurs mois; cinq rats infestés avec 60 métacercaires chacun hébergeaient encore au bout de 6 mois de 5 à 13 adultes. Les cryptes se referment lorsque les Trématodes meurent; leur emplacement est alors marqué par des nodules. La présence de tels nodules permet de déceler d'anciennes infestations chez les rats capturés dans la nature.

Données sur la transmission naturelle

La recherche des hôtes naturels de *R. marini* pose des problèmes très différents suivant le niveau du cycle.

Le premier hôte intermédiaire est toujours *B. glabrata*; aucun autre Mollusque guadeloupéen, y compris *Biomphalaria schrammi*, n'a jamais été trouvé infesté.

Le deuxième hôte intermédiaire est très souvent le Poisson Cichlidé *T. mossambica*. Cependant les guppys (*Poecilia reticulata*) sont parfaitement réceptifs aux cercaires, et dans les mares de Grande Terre dépourvues de Tilapias, ils constituent le seul deuxième hôte intermédiaire. Par contre, les têtards de *Bufo marinus*, bien que réceptifs expérimentalement et présents dans toutes les mares, ne jouent aucun rôle dans la transmission naturelle puisque les Planorbes n'ont jamais été trouvés parasités dans les mares dépourvues de Tilapias et de Guppys.

L'hôte définitif pose quant à lui un problème que les données expérimentales ne permettent pas de résoudre définitivement. Nous avons réalisé une enquête pour savoir si les rats sont les hôtes définitifs habituels de *R. marini* en Guadeloupe ou si des Oiseaux sont éventuellement impliqués.

Le rôle des rats (*R. rattus* et *R. norvegicus*) a été plus particulièrement étudié dans la station du Grand Etang. La contamination des rats par *R. marini* concerne en toute saison la quasi totalité des populations murines vivant au bord de cet étang. Cette contamination va de pair avec la schistosomose murine à *Schistosoma mansoni* (Combes et al., 1975). Il semble donc exister entre la ribeiroïose et la schistosomose une relation sur le plan étiologique liée à la fréquentation de l'eau, puisque l'infestation par *R. marini* implique la consommation de poissons. Cette dernière pourrait apparaître comme problématique car la seule espèce de Poisson identifiée au Grand Etang est *T. mossambica* et la capture de cet excellent nageur paraît exclue. A la suite de plusieurs observations concordantes, nous pensons que la transmission à l'hôte définitif est favorisée par les sangsues qui sont très nombreuses dans l'étang: elles affaiblissent et même tuent les Tilapias qui peuvent alors être consommés par les rats. Dans un biotope comme le Grand Etang, il est donc certain que *R. rattus* et *R. norvegicus* sont les hôtes habituels de *R. marini*, ce qui est confirmé par les autopsies négatives des *Butorides virescens* que nous avons pu y capturer.

Au Grand Etang, malgré des prévalences tout à fait semblables chez les rats, les taux d'infestation de *B. glabrata* par *R. marini* et *S. mansoni* sont très différents: sur 2011 Planorbes récoltés entre Juillet 1974 et Février 1977, 561 émettaient des cercaires de *R. marini*, 15 émettaient des cercaires de *S. mansoni* et 4 présentaient une infestation mixte³. Plusieurs facteurs sont sans doute à l'origine de cet écart dans l'infestation du premier hôte intermédiaire. On peut souligner par exemple que l'évacuation des œufs de *R. marini* est beaucoup plus directe que celle de *S. mansoni* mais que par contre l'infestation du rat plus facile par *S. mansoni* que par *R. marini* (le cycle de ce dernier impliquant un deuxième hôte intermédiaire). On doit ajouter aussi que *B. glabrata* présente une réceptivité remarquable à *R. marini* et que ce parasite domine *S. mansoni* dans les infestations mixtes (Huizinga, 1973).

Le rôle éventuel des Oiseaux est plus délicat à apprécier. Cependant, nous

³ Le taux d'infestation par *S. mansoni* (0,9% en moyenne) s'est montré relativement constant d'un échantillonnage à l'autre; celui de *R. marini* (28% en moyenne) s'est montré très fluctuant.

disposons d'une série d'autopsies négatives (réalisées partie par Euzeby et Graber, 1975, partie par nous-mêmes) concernant un total de 91 Oiseaux dont 23 Ardéidés. A ces autopsies négatives, nous pensons pouvoir ajouter trois arguments indirects, tirés de l'étude du cycle de divers Trématodes parasites d'Oiseaux en Guadeloupe et ayant également *B. glabrata* comme premier hôte intermédiaire:

- *B. glabrata* n'est infesté par *R. marini* que dans les mares peuplées de Poissons. Par contre, *B. glabrata* peut être infesté par des Trématodes d'Oiseaux dont le deuxième hôte intermédiaire est également un Poisson, non seulement dans les mares où ce deuxième hôte intermédiaire est présent mais également dans celles où il fait défaut. Nous en concluons qu'il y a pour ces Trématodes parasites d'Oiseaux dissémination hors des endémiotopes. Si *R. marini* infestait les Oiseaux une telle dissémination devrait également se produire,
- dans un biotope donné *R. marini* peut coexister avec les Trématodes d'Oiseaux. Dans ce cas la prévalence de *R. marini* est presque toujours la plus importante. Cela peut s'expliquer par la forte densité de l'hôte définitif dans l'endémiotope. Le cas limite nous paraît représenté par les canaux de Pointe à Pitre où les stades larvaires de Trématodes d'Oiseaux disparaissent totalement des populations de Planorbes tandis que *R. marini* y atteint des prévalences maximum (100%),
- il est toujours possible de retrouver pendant plusieurs années *R. marini* dans un biotope où ce parasite a été signalé une première fois, ce qui n'est pas le cas des Trématodes d'Oiseaux.

Des autopsies négatives et des trois arguments précédents, nous concluons que les hôtes habituels de *R. marini* en Guadeloupe sont les deux espèces de rats, *R. rattus* et *R. norvegicus*. Nos résultats s'opposent à ceux obtenus par Basch et Sturrock (1969) dans l'île de Sainte Lucie distante de moins de 250 km où le seul hôte définitif identifié est le Héron *Florida caerulea*. Nous pensons que cette importante différence dans le cycle biologique, s'ajoutant aux quelques différences morphologiques que nous avons signalées plus haut justifient de considérer la forme guadeloupéenne comme une race géographique distincte; nous proposons de nommer celle-ci *R. marini guadeloupensis* et nous n'excluons pas qu'une étude comparative de la chétotaxie des cercaires dans le genre *Ribeiroia* permette de l'élever ultérieurement au rang spécifique.

Entretien du cycle et production massive d'œufs

Production des cercaires

Infestations des Mollusques

Pour maîtriser les conditions d'infestation des Planorbes, il est nécessaire de les exposer à un nombre connu de miracidiums. Les œufs du parasite sont obtenus à partir des fèces de rats, recueillies et traitées suivant la méthode indiquée plus haut. En pratique, les œufs produits en 24 h par ces rats permettent, après 12 jours d'incubation à l'obscurité d'infester en 1 jour une centaine de Mollusques. Les *B. glabrata* d'un diamètre compris entre 5 et 7 mm sont exposés individuellement à 3 miracidiums dans 2 ml d'eau pendant au moins 2 h.

Productivité en cercaires

L'exposition à 3 miracidiums a été choisie car elle permet d'obtenir un taux d'infestation maximum associé à un pourcentage de mortalité acceptable. Pour 100 Mollusques on aboutit en moyenne à la fin de la période prépatente (4 semaines) à 75 Mollusques infestés, les autres étant soit morts (surinfestation), soit négatifs. Un tel stock de Mollusques infestés est suffisant pour plusieurs mois. En effet, à 23° C la durée de survie après le début des émissions cercariennes dépasse couramment 3 mois et peut atteindre 7 mois, et la productivité est importante: 10 Mollusques produisent entre 3000 et 4000 cercaires par 24 h.

Production des métacercaires

Infestation des Poissons

Notre choix du deuxième hôte intermédiaire s'est porté sur *T. mossambica* dont la reproduction en captivité est facilement obtenue: une femelle peut pondre plusieurs fois par an, chaque ponte donnant de 100 à 150 jeunes. En outre ce poisson supporte des infestations massives, ce qui permet d'obtenir de nombreuses métacercaires du même âge en une seule infestation. Les poissons sont mis en présence des Mollusques infestés dans un volume d'eau minimum pendant une nuit, pour tenir compte de l'émission nocturne des cercaires (Théron, 1976); la production journalière de 10 Mollusques assure l'infestation de 6 à 8 Poissons.

Rendement de l'infestation des Poissons

Nous avons vu que beaucoup de métacercaires sont superficielles et que celles-ci ont tendance à se détacher. Pour obtenir le rendement maximum il convient de les récupérer dès qu'elles sont infestantes, c'est-à-dire au bout de 7 jours à la température de 25° C. Dans ces conditions un poisson de 8 à 10 cm

peut fournir jusqu'à 500 métacercaires, dont les $\frac{4}{5}$ peuvent être récupérés aisément (téguments et ligne latérale), le $\frac{1}{5}$ restant demandent une dissection plus délicate (canaux céphaliques du système latéral).

Production des œufs

Infestation des rats

L'infestation des rats par tubage stomacal est réalisée sous anesthésie légère à l'éther. La dose de métacercaires à administrer est de 60 par rat, ce qui permet d'obtenir en moyenne 50 adultes sans provoquer de troubles pathologiques décelables chez l'hôte.

La production journalière de cercaires d'un stock de 10 Mollusques, qui assure l'infestation de 6 à 8 poissons, à raison de 500 métacercaires chacun dont 400 sont récupérées, permet d'infester au minimum 40 rats.

Productivité en œufs

La production d'œufs a été évaluée à partir d'un lot de 10 rats. Cette évaluation est réalisée par comptage direct sur des échantillons de 1 ml prélevés sur des résidus fécaux de 24 h homogénéisés et dont le volume est amené à 200 ml. La production d'œufs augmente jusqu'au 15^e jour qui suit l'infestation. Elle se stabilise alors à 30 000 œufs par jour, ce qui correspond à 60 œufs/parasite/jour. Des évaluations effectuées à la fin du second mois montrent une diminution sensible de la production qui n'est plus que de 15 000 œufs/jour à la fin du troisième mois. La production peut être relancée par des réinfestations ménagées vers la 12^e semaine.

Récupération des œufs

Les rats sont conservés dans des cages en acier inoxydable à mangeoire extérieure et à plancher perforé. Ces perforations permettent de recueillir les fèces dans un fond amovible contenant de l'eau sur une hauteur de 2 cm.

Chaque jour les fèces de 24 h sont désagrégées par tamisage forcé sur une passoire métallique puis homogénéisées par agitation ce qui a pour effet de mettre les œufs en suspension. L'enrichissement en œufs est assuré par passage sur une série de tamis à vide de maille décroissant (250, 160, 100 μm), chaque tamisage étant réalisé sous un jet d'eau à forte pression. La rapidité des manipulations et le degré de pureté du produit final dépendent essentiellement de la pollution des fèces par les débris d'aliments abandonnés par les rats. On peut limiter cette pollution en disposant une gouttière dans la cage contre la mangeoire.

Les résidus fécaux ainsi enrichis en œufs sont décantés plusieurs fois et conservés à l'abri de la lumière dans un grand volume d'eau. Si les œufs doivent être gardés plusieurs jours, l'aération de l'eau est indispensable et son renouvel-

lement souhaitable. Pour un éventuel transport, les résidus quotidiens de 10 rats peuvent être ramenés à un volume de l'ordre de 50 ml.

L'utilisation des œufs peut se concevoir de deux façons différentes. La première consiste à incuber les œufs de telle sorte que les éclosions commencent peu de temps après l'ensemencement, ce qui implique la conservation des œufs au laboratoire pendant un minimum de 10 jours. La seconde consiste à prévoir un ensemencement à intervalles de temps réguliers; par exemple il peut se faire tous les 3 jours avec dans ce cas des œufs ayant au maximum 72 h. Cette seconde méthode réduit le temps de stockage au laboratoire.

Conclusion

R. marini guadeloupensis associe à l'intérêt de stériliser parfaitement *B. glabrata* celui de posséder un cycle biologique relativement facile à entretenir en laboratoire:

- l'élevage des différents hôtes ne pose aucun problème majeur, l'hôte définitif étant un animal de laboratoire classique et la deuxième hôte intermédiaire un Poisson très prolifique,
- il n'est pas nécessaire d'entretenir un stock important de Mollusques infestés étant donné leur productivité en cercaires, leur durée de survie et le rendement des infestations aux différents stades de la transmission,
- le délai de maturation des métacercaires est bref,
- la durée d'utilisation des rats parasités est de l'ordre de 12 semaines et il est possible de la prolonger par des réinfestations ménagées,
- les résidus fécaux enrichis en œufs occupent un volume réduit, ce qui facilite leur stockage au laboratoire pendant l'incubation.

L'efficacité de *R. marini guadeloupensis* comme moyen de lutte éventuel contre le vecteur de la schistosomose ne saurait être évaluée actuellement avec certitude. Cette efficacité dépend de nombreux facteurs parmi lesquels:

- les caractéristiques du milieu (dimensions, milieu ouvert ou fermé, eau stagnante ou eau courante),
- la structure de la population de Mollusques (âge, densité),
- l'existence éventuelle d'une résistance à l'infestation d'origine génétique dans une partie de la population de Mollusques,
- l'apparition d'un phénomène de compensation se traduisant par une augmentation de la productivité des individus non infestés,
- les pertes en œufs pendant l'incubation dans le milieu extérieur et les pertes en miracidiums résultant par exemple d'une pénétration chez des hôtes autres que *B. glabrata*.

L'importance de ces facteurs ne pourra être déduite que d'essais de stérilisation dans les habitats naturels de B. glabrata.

Remerciements. Cette recherche a reçu un support financier de la D.G.R.S.T. et de l'I.N.S.E.R.M. La partie terrain a été effectuée en Guadeloupe à la station de Zoologie de l'I.N.R.A. dans le cadre de l'Action Concertée Bilharziose (Dir.: Prof. Y. J. Golvan).

- 1 Basch P. F., Sturrock R. F.: Life history of *Ribeiroia marini* (Faust et Hoffman, 1934) Comb. n. (Trematoda: Cathaemasiidae). *J. Parasit.* 55, 1180–1184 (1969).
- 2 Beaver P. C.: The morphology and life history of *Psilostomum ondatrae* Price, 1931 (Trematoda: Psilostomatidae). *J. Parasit.* 25, 383–393 (1939).
- 3 Combes C., Léger N., Golvan Y. J., Rats et bilharziose en Guadeloupe. *Acta trop. (Basel)* 32, 304–308 (1975).
- 4 Dollfus R. Ph.: Trématodes récoltés au Congo Belge par le Professeur Paul Brien (mai-août 1937). *Ann. Mus. roy. Congo belge, C-Sci. zool. (Série 5), 1, (1) 5–135 (1950).*
- 5 Dubois C., Mahon J.: Etude de quelques Trématodes Nord-Américains suivie d'une révision des genres *Galactosomum* Looss, 1899 et *Ochetosoma* Braun, 1901. *Bull. Soc. neuchâtel. Sci. nat.* 82, 191–229 (1959).
- 6 Euzeby J., Graber M.: Deuxième enquête parasitologique en Guadeloupe. Note 1: Les Trématodes des Oiseaux aquatiques. *Bull. Soc. Sci. vét. Méd. comp. (Lyon)* 77, 317–320 (1975).
- 7 Faust E. C., Hoffman W. A.: Studies on schistosomiasis mansoni in Puerto Rico. III. Biological studies. I. The extramammalian phases of the life cycle. *Puerto Rico J. Publ. Hlth trop. Med.* 10, 1–47 (1934).
- 8 Golvan Y. J., Combes C., Bayssade-Dufour C., Nassi H.: Les cercaires de *Ribeiroia marini* (Faust et Hoffman, 1934), Trématode antagoniste de *Schistosoma mansoni* et provoquant la castration du Mollusque – Hôte, vecteur de la bilharziose humaine. *C. R. Acad. Sci. Paris* 279 (Série D), 405–408 (1974).
- 9 Golvan Y. J., Combes C., Nassi H.: Castration du Mollusque *Biomphalaria glabrata* par les larves de divers Trématodes guadeloupéens. *C.R. Acad. Sci. Paris* 280 (Série D), 1607–1610 (1975).
- 10 Huizinga H. W.: *Ribeiroia marini*: pathogenesis and larval Trematode antagonism in the snail, *Biomphalaria glabrata*. *Exp. Parasit.* 33, 350–364 (1973).
- 11 Lumsden R. D., Zischke J. A.: Studies on the Trematodes of Louisiana birds. *Z. Parasitenk.* 22, 316–366 (1963).
- 12 McMullen D. B.: Notes on the morphology and life cycles of four North American cercariae. *Livro Jubilar Prof. Travassos, Rio de Janeiro* p. 299–306 (1938).
- 13 Mettrick D. F.: A revision of the genus *Ribeiroia* Travassos, 1939 with some observations on the family Cathaemasiidae Fuhrmann, 1928 including the erection of a new sub-family Reeseliinae. *Rev. Zool. Bot. Afr.* 67, 137–162 (1963).
- 14 Price E. W.: Four new species of trematode worms from the muskrat, *Ondatra zibethica*, with a key to the trematode parasites of the muskrat. *Proc. U.S. nat. Mus.* 79 (4), 1–13 (1931).
- 15 Théron A.: Chronobiologie des cercaires de *Ribeiroia marini* (Faust et Hoffman, 1934) parasite de *Biomphalaria glabrata*: action de la photopériode sur le rythme d'émission. *Acta trop. (Basel)* 32, 309–316 (1975).
- 16 Travassos L.: Um novo trematódeo parasito da garças: *Ribeiroia insignis* n.g., n.sp. *Bol. biol.* 4 (2), 301–304 (1939).